

Leiden

Aus dem Institut für Parasitologie
der Veterinärmedizinischen Fakultät
der Freien Universität Berlin
Direktor: Prof. Dr. J. Boch

**UNTERSUCHUNGEN
ÜBER DIE ENTWICKLUNG
DES PEITSCHENWURMES
DES HUNDES,
TRICHURIS VULPIS FRÖLICH (1789)**

INAUGURAL-DISSERTATION

zur Erlangung des Grades eines
Doktors der Veterinärmedizin
an der

Freien Universität Berlin

1964
=

vorgelegt von

Hans Michael Opitz

aus Neukirch (Lausitz)

Berlin 1963

Journal-Nr. 445

Druck:

ERNST-REUTER-GESELLSCHAFT
der Förderer und Freunde der Freien Universität Berlin e.V.
DISSERTATIONS-DRUCKSTELLE

1 Berlin 33, Garystr. 45

Aus dem Institut für Parasitologie
der Veterinärmedizinischen Fakultät
der Freien Universität Berlin
Direktor: Prof. Dr. J. Boch

**UNTERSUCHUNGEN
ÜBER DIE ENTWICKLUNG
DES PETTSCHENWURMES
DES HUNDES,
TRICHURIS VULPIS FRÖLICH (1789)**

INAUGURAL-DISSERTATION

zur Erlangung des Grades eines
Doktors der Veterinärmedizin
an der
Freien Universität Berlin

vorgelegt von
Hans Michael Opitz
aus Neukirch (Lausitz)

Berlin 1963
Journal-Nr. 445

Gedruckt mit Genehmigung der Veterinärmedizinischen
Fakultät der Freien Universität Berlin

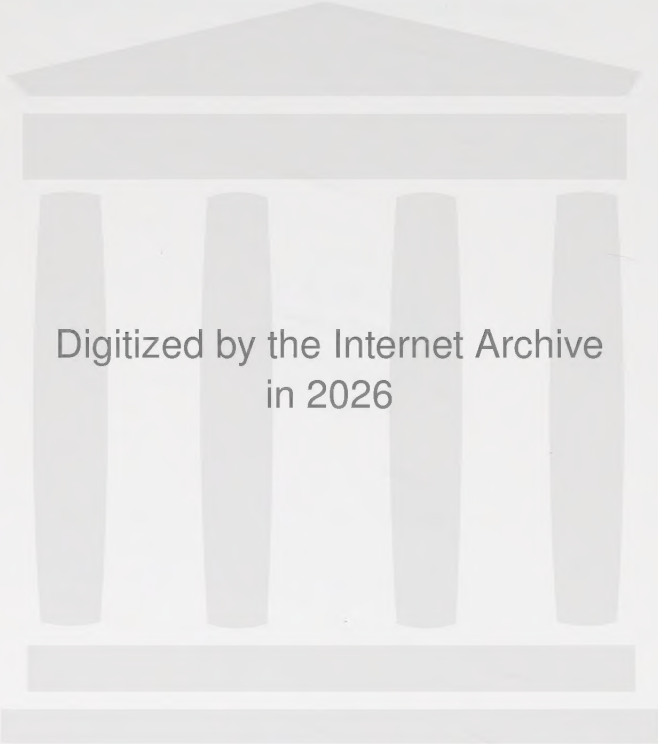


Dekan: Prof. Dr. H. J. Heidrich
Referent: Prof. Dr. J. Boch
Korreferent: Prof. Dr. L.F. Müller

Tag der mündlichen Prüfung: 18.12.1963

Tag der Promotion: 1.8.1964

Aus drucktechnischen Gründen sind nicht in allen
Abbildungen die wesentlichen Einzelheiten zu erkennen.
Die Originalphotographien sind im Institut für
Parasitologie der Freien Universität Berlin vorhanden
und können dort angefordert werden.



Digitized by the Internet Archive
in 2026

Inhaltsverzeichnis

	Seite
I. Einleitung	2
II. Verbreitung, Morphologie, Entwicklung und pathogene Bedeutung von <i>Trichuris vulpis</i> (anhand der Literatur). .	3
III. Eigene Untersuchungen	
A. Material und Methodik	12
B. Ergebnisse	
a) Exogene Entwicklung	16
b) Endogene Entwicklung	19
IV. Besprechung der Ergebnisse	29
V. Zusammenfassung	34
VI. Literaturverzeichnis	35

I. Einleitung

Ein neben Askariden und Hakenwürmern im Darm der Hunde schmarotzender Nematode ist der Peitschenwurm, *Trichuris vulpis* FRÖLICH (1789).

Wegen seiner weiten Verbreitung beschäftigen sich viele Arbeiten der letzten Jahre mit der medikamentellen Bekämpfung, freilich bisher ohne durchschlagenden Erfolg.

Nur ungenügend wurde die Biologie der Peitschenwürmer untersucht. Zwar wird die Entwicklung der Trichuren als die einfachste innerhalb der Klasse Nematoda bezeichnet, doch ist über Einzelheiten nur wenig und meist Widersprechendes ausgesagt worden.

Herr Prof. Dr. Boen stellte mir deshalb die Aufgabe, die endogene Entwicklung von *Trichuris vulpis* an künstlich infizierten Hunden zu untersuchen.

II. Verbreitung, Morphologie, Entwicklung und pathogene Bedeutung von *Trichuris vulpis* (anhand der Literatur) .

Die erste der 64 nach SKRJABIN und Mitarb. (1957) heute bekannten Peitschenwurmarten beschrieb ROEDERER (1761) beim Menschen. Da er Vorder- und Hinterende verwechselte, nannte er den Wurm Haarschwanz (*Trichuris*), bis SCHRANK (1788) zu *Trichocephalus* verbesserte. Beide Bezeichnungen werden heute benutzt, allerdings hat sich *Trichuris* auf Grund des Prioritätsgesetzes im anglo-amerikanischen und deutschen Schrifttum durchgesetzt.

Als Gattungsname steht *Trichuris* in der Systematik von CHITWOOD und CHITWOOD (zit. KOTLAN, 1960) unter der Ordnung der Enoplida in der Familie der Trichuridae. Dagegen wird die Gattung *Trichocephalus* im System von SKRJABIN und Mitarb. (1957) in der von BAIRD (1853) eingeführte Familie der Trichocephalidae in die Ordnung der Trichocephalida eingeordnet.

FRÖLICH (1789) bezeichnete die bei Füchsen gefundene Art als *Trichocephalus vulpis*. Sie wurde von GMELIN (1790) im "Systema naturae LINNEI" aufgenommen. Die Synonyma *Trichocephalus depressiusculus* (RUDOLPHI, 1808) und *Mastigodes vulpis* (ZEDER, 1803) sind nicht mehr gebräuchlich.

Verbreitung:

Peitschenwürmer werden bei zahlreichen Säugtieren gefunden. *Trichuris trichiura* (ASKANAZY, 1896, FERNAN-NUNEZ, 1927) und auch *Trichuris vulpis* (YAMAGUTI, 1961) werden als Kosmopoliten bezeichnet. STOLL (1947) gibt an, daß allein in Europa 34 Millionen Menschen mit *Trichuris trichiura* befallen seien.

Trichuris vulpis ist als Parasit des Hundes, Fuchses und Frettchens u.a. von WIGAND und MATTES (1958) sowie von SKRJABIN und Mitarb. (1957) beschrieben worden. Über seine Verbreitung liegen zahlreiche Berichte aus den USA vor. Hunde waren sowohl in den Nordstaaten mit 23 % (WHITNEY u. Mitarb., 1951) bis 81 % (WRIGHT, 1930), als auch in den Südstaaten mit 16 % (VAUGHN und JORDAN, 1960) bis 57 % (HINMAN und BAKER, 1936) häufig befallen.

In der UdSSR fanden SKRJABIN und Mitarb. (1957) den Hundepeitschenwurm in Transkaukasien und auf der Halbinsel Krim, DEMIDOWA (1935) bei 5,3 % von 151 Hunden in Aserbaidschan. In Italien und Rumänien wird *T. vulpis* häufig (FIEBIGER, 1947), in Schweden (BRING, 1946) und England (WILKINSON, 1955) selten gefunden.

Über die Verbreitung in Deutschland liegt nur ein positiver Bericht vor. Während STETTER (1923) bei 3865 Hunden in München und SAAR (1957) bei 60 sezierten Rotfüchsen in West-Berlin keine Peitschenwürmer fanden, enthielten von 215 am Parasitologischen Institut der Tierärztlichen Hochschule Hannover untersuchten Kotproben 6 % Peitschenwurmeier (FLUCKE, 1962).

Nach WHITNEY und Mitarb. (1951), VAUGHN und JORDAN (1960) sowie VAUGHN und MURPHY (1962) sollen junge Hunde seltener und weniger heftig befallen sein. Dagegen messen HINMAN und BAKER (1936) sowie CARLOS und DIRECTO (1962) dem Alter keinen Einfluß auf die Empfänglichkeit der Tiere zu. Ebensowenig spielen das Geschlecht und die Rasse eine Rolle.

Morphologie:

Die Größe der Hundepeitschenwürmer geben SKRJABIN und Mitarb. (1957) für das Männchen mit 45 - 60, für das Weibchen mit 62 - 75 mm an.

Trichuris vulpis besitzt am Vorderende einen sogenannten Mundspeer (SARWAR, 1959; RUBIN, 1954). Der Ösophagus besteht aus einem vorderen dünnen, muskulären Teil, welcher sich nach CHITWOOD (1931) bei *Trichuris vulpis* und *Trichuris ovis* zu einem Bulbus erweitert, und einem hinteren Zellkörper-teil. CHITWOOD (1935) meint, daß die Zellen dieses Zellkörpers (stichosomes) Ösophagusdrüsen darstellen. Unmittelbar hinter dem Nervenring beginnt der Stiftchensaum (MÜLLER, 1929) oder "bacillary band" (SMYTH, 1962). Er stellt eine Anhäufung von stäbchenförmigen Drüsenelementen dar, die in der Hypodermis verankert sind und die Kutikula durchbrechen.

Die männlichen Geschlechtsorgane mit ihrer proximal bedornten Spicularscheide beschreibt CHANDLER (1930). Auf die Unterschiede der männlichen Geschlechtsorgane stützt sich im wesentlichen SARWAR (1959) bei seiner Unterteilung der Familie der Trichuridae in verschiedene Unterfamilien und Gattungen.

Die braunen, zitronenförmigen *Trichuris vulpis*-Eier sind etwa $88 \times 38 \mu$ groß. Auf Grund elektronenmikroskopischer Untersuchungen von INATOMI (1960) besteht die Eischale aus einer Hülle, die aus mehreren mehr oder weniger durchsichtigen Schichten zusammengesetzt ist. Die Polpfröpfe sind von einem Netzwerk feiner Fibrillen durchzogen.

Sitz:

Über den eigentlichen Sitz bestehen seit den Untersuchungen von CHRISTOFFERSEN (1914) und LEWINSO (1925) über *T. trichiura* und von HUNG (1926) und RUBIN (1954) über *T. vulpis* feste Vorstellungen. Leitschenwürmer bohren sich aktiv in die Schleimhaut des Caecum, Colon, beim Menschen auch des Appendix und bei schweren Befall in das Rektum ein.

Nach LEWINSON (1925) können die Würmer über die Krypten oder direkt durch das Epithel in die Schleimhaut eindringen. Nach RUBIN (1954) liegen junge *T. vulpis*-Exemplare oberflächlicher in der Tunica propria als ältere. Er fand auch bis in die Lymphonoduli solitarii vorgedrungene Würmer.

Entwicklung:

Die geschlechtsreifen Weibchen scheiden täglich ca. 2000 Eier aus (MILLER, 1941), welche in dem hologenen Ovar des oviparen Weibchens gebildet und im Uterus befruchtet werden. Die Geschlechtskerne verschmelzen erst während der exogen Phase. Danach wird die innerste Eimembran abgeschieden, die dem Ei eine große Widerstandsfähigkeit verleiht.

Den Einfluss der Feuchtigkeit auf die Entwicklung der *T. vulpis*-Eier untersuchten SPINDLER (1930) und ONORATO (1932). In gesättigter Atmosphäre entwickeln sie sich normal, geringere Luftfeuchtigkeit hemmt die Entwicklung oder tötet die Eier nach wenigen Tagen ab. Empfindlich sind sie gegenüber Austrocknung. Deshalb entwickeln sie sich schlecht in Sandböden (BROWN, 1927). ONORATO (1932) hält dagegen *T. vulpis*-Eier gegen Austrocknung ebenso widerstandsfähig wie *Toxocara canis*-Eier.

Der Sauerstoffverbrauch der von NOLF (1932) untersuchten *T. trichiura*-Eier ist besonders in den ersten 5 Tagen der Entwicklung hoch.

Nach DINNIK und DINNIK (1949) sind *T. trichiura*-Eier sehr widerstandsfähig gegen chemische Einflüsse, z.B. gegen 10%-ige Salpetersäure und gesättigte Sublimatlösung.

Nach MILLER (1939) entwickeln sich *T. vulpis*-Eier in verdünnter Kochsalzlösung (bis zu n/10) beschleunigt, ab n/2 Lösung werden die Eier geschädigt.

T. vulpis-Eier embryonieren in 9 - 11 Tagen bei einem Temperaturoptimum von 30 - 37° C (ONORATO 1932). Unter 5° C erfolgt keine Entwicklung (RUBIN, 1954).

Nach POWERS (1961) entwickeln sich so aufbewahrte *T. ovis*-Eier noch nach 1 1/2 Jahren unter günstigeren Temperaturen weiter. Embryonierte *T. muris*-Eier bleiben bei 4° C mindestens 12 Monate lebensfähig (WORLEY und Mitarb., 1962). Tiefe Temperaturen zwischen -9 u. -12° C wirken auf *T. trichiura*-Eier zu einem hohen Prozentsatz letal (NOLF, 1932). Temperaturen über 55° C töten *T. trichiura*-Eier nach kurzer Zeit ab (JETTMAR und EXNER, 1951).

Während bisher, entgegen allen anderen Nematodenspecies, keine Häutung im Ei beobachtet und die invasionsfähige Larve als Larve I bezeichnet wurde, hält es POWERS (1961) für möglich, daß es im Ei doch zu einer Häutung kommt. Er bemerkte, daß sich die Struktur von *T. ovis*-Larven nach einigen Tagen änderte. Gleiches konnte FAHMY (1954) bei *T. muris* erkennen. HASEGAWA (1925) hält *T. vulpis*-Larven 2 - 7 Tage nach der Embryonierung für invasions-tüchtig. Nach SKRJABIN und Mitarb. (1957) ist das Charakteristikum der Invasionslarve ein chitinöses Stilett.

Die Morphologie der aus den Eiern gepressten *T. vulpis*-Larven beschrieb RUBIN (1954). Sie sind 181 - 318 μ lang, besitzen einen Mundspeer und einen muskulären Ösophagusteil, der bis zu den 3/4 der Larve einnehmenden Granula reicht. MILLER (1947) meint, daß diese Larven I in den Eiern bald ihre Beweglichkeit und damit Lebensfähigkeit verlieren. Dies wurde von RUBIN (1954) widerlegt, der sowohl bewegliche als auch unbewegliche Larven für infektiös hält. Je schneller die Embryonierung verläuft, um so kürzer ist die Periode der Motilität. Sie dauert bei 9 - 10 tägiger Embryonierungszeit 2 - 5 Tage.

Ähnlich wie FAIRBAIN (1960) bei Askariden, untersuchten MILLER (1939) und YOFUC (1956, 1957) die

Bedeutung des Milieus für den Schlupfvorgang der *Trichuris vulpis* - Larven. MILLER beobachtete, daß die meisten Larven in künstlichem Darmsaft nach vorheriger Behandlung mit Magensaft schlüpfen. Nach YUTUC wirken Hundegalle und Dycholium fördernd. Starkes Ciliatenwachstum wirkt eher günstig; 0,05%-iges Formalin dagegen hemmend.

YUTUC (1957) beschreibt den Schlupfvorgang der Larven. Nach der Auflösung der Polpfröpfe durchstoßen sie vermutlich mit Hilfe des Mundspeeres die innerste vitelline Membran, welche in das Ei zurückschnellt, nachdem die Larve das Ei unter heftigen Bewegungen verlassen hat.

Während NESHI (zit. MILLER, 1947) noch der Ansicht war, daß während der endogenen Entwicklung von *Trichuris vulpis* eine Körperwanderung stattfindet, konnte NABEGAWA (1924) nie Larven aussernhalb des Darmes finden. Sie schlüpfen vielmehr im Darmlumen aus den Eiern, dringen in die Darmzotten des Dünndarmes ein und bleiben dort 2 Tage. Nach 70 Stunden sind die ersten Larven im Caecum.

Nach MILLER (1947) schlüpfen die Larven im Dünndarm schon nach 30 Minuten, es sterben allerdings viele dabei ab. Sie dringen dann innerhalb von 24 Stunden meist über die Lieberkühnschen Drüsen in die Dünndarmschleimhaut ein. Sie können aber auch infolge der Peristaltik in den Dickdarm gelangen, wo sie meist degenerieren. Nach dem 4. Tag werden die Larven träge und rollen sich zusammen. Nach 6 Tagen zeigen sie ein Dickenwachstum, außerdem sind bereits Ösophagus und Darm ausgekollert. Sie liegen in den Krypten oder im Gewebe selbst des hinteren Dünndarmmittels. Vom 8. Tage an beginnen sie in das Lumen zurückzuwandern und werden passiv in den Dickdarm getragen.

KUŠIN (1954) beschreibt die Morphologie der 14-tägigen Larven, bei denen er Geschlechtsanlagen beobachtete und eine Häutung vermutete.

Die 32 tägigen Larven findet er in der Tunica propria, ohne daß das umliegende Gewebe geschädigt ist. Nach dem 54. Tag soll eine weitere Häutung stattfinden, da Vulva und Anus noch durch eine Haut verschlossen sind. Bei diesen Larven konnte das Geschlecht unterschieden werden.

Die Präpatentperiode von *Trichuris vulpis* beträgt nach HASEGAWA (1924) 36, nach MILLER (1941) an 9 infizierten Hunden 70 - 104 Tage. Die Lebensdauer der Adulten soll mindestens 16 Monate betragen (RUBIN, 1954).

Pathogene Bedeutung:

Während DAMON (1935) vermutete, daß es sich bei *Tricnuren* um Blutsauger handle, nehmen HOEPPLI (1927) wie WIGAND und MATTES (1958) eine extraintestinale Verdauung an. NIMMO-SMITH und KEELING (1960) fanden bei *T. muris* am Vorderende eine höhere Enzymwirkung und schließen daraus, daß sich diese Würmer möglicherweise von den im Schleim enthaltenen Mucopolysacchariden ernähren.

Pathologisch-anatomische Veränderungen sind meist nur bei stärkerem Befall zu beobachten. Im wesentlichen handelt es sich um katarrhalische Typhlitiden, Colitiden und Proctitiden. Deutliche Ecchymosen werden von HUNG (1926), SMITH (1954) und RUBIN (1954) beschrieben. Dagegen sahen MIOLL und PIERACCI (1959) bei Ferkeln eine eitrige, nekrotische und gangränöse Pleuritis, Bronchitis und Pneumonie.

Als histologische Veränderungen durch *Tricnuris vulpis* beschreibt HUNG (1926) hyaline Degenerationen und Leukozyteninfiltrationen. Eine Eosinophilie am Reaktionsherd fehle allerdings. Durch eine Ruptur des geschwellenen Lymphfollikels kommt es zur Ulcusbildung. RUBIN (1954) nimmt an, daß die koagulationsnekrotischen Veränderungen durch die Ausscheidung eines lytischen Materials hervorgerufen werden.

Nach den vorliegenden Literaturangaben scheint die pathogene Bedeutung von *Trichuris vulpis* nur gering zu sein. In Einzelfällen kann aber sehr wohl, vielleicht bedingt durch individuelle Disposition, ein deutliches Krankheitsbild entstehen, das mit dem der Trichurosis des Menschen übereinstimmt. Am häufigsten werden acute oder chronische Diarrhöen, die auch blutig sein können, beschrieben (EHRENFORD und Mitarb., 1959, ESHEENOUR u. Mitarb., 1957, BURCH, 1959). Dies konnte ich an 4 befallenen Tieren eines Berliner Hundezwingers beobachten.

Auch außerhalb des Verdauungstraktes werden Symptome festgestellt, die in den fakultativ allergiebedingten Formenkreis gehören. Es sind dies Dermatitisen, Ataxien, nervöse Erscheinungen, Anorexia, Abmagerung, Wachstumshehmung und Veränderungen des Blutbildes (HUNG, 1926, SCHINDLER, 1937, SRIVASTAVA, 1942, MAGRANE, 1954, JORDAN, 1955, WILKINSON, 1955, CARLOS, 1962). RIEGEL (1957) meint, daß der Tricnuriasis Sensibilisierungsvorgänge zugrunde liegen. Daß es zu einer intensiveren Wechselbeziehung zwischen Trichuren und Wirtstier kommt, als man aufgrund ihres oberflächlichen Sitzes vermutete, konnten POWERS (1961) und CAMPBELL (1963) durch die Behandlung von mit *Trichuris* infizierten Schafen bzw. Mäusen mit Cortison nachweisen.

Zusammenfassend kann gesagt werden, daß die oberflächlich in der Schleimhaut des Caecum und Colon sitzenden Peitschenwürmer des Hundes nur selten pathologisch-anatomische Veränderungen und klinische Erscheinungen hervorrufen. Ihre Eier entwickeln sich in der Außenwelt unter optimalen Bedingungen in 9 - 10 Tagen. Die Larven sind vermutlich erst nach einigen Tagen infektionstüchtig. Sie schlüpfen im Dünndarm und durchlaufen hier eine nistotrope Phase von etwa 10 Tagen. Die geschlechtsreifen Würmer entwickeln sich innerhalb von 3 Monaten.

Im Rahmen meiner Arbeit sollte versucht werden, Einzelheiten der endogenen Entwicklung von *Trichuris vulpis* an einer größeren Zahl künstlich infizierter Hunde aufzuklären. Es wurde vor allem nach durch morphologische Veränderungen charakterisierte oder durch Häutungen getrennte Larvenstadien gesucht. Weiterhin sollte geklärt werden, ob für die Entwicklung der Larven im Caecum unbedingt eine vorherige histotrope Phase im Dünndarm notwendig ist.

III. Eigene Untersuchungen

A. Material und Methodik

Zur Untersuchung des endogenen Zyklus von *Trichuris vulpis* dienten mir 12 Hunde im Alter von 1 1/2 bis 18 Monaten (Tabelle 1). Die Tiere 1 - 8 litten vorübergehend an einer wohl fütterungsbedingten Diarrhoe. Während der von Mai bis Oktober 1963 dauernden Versuche waren die Versuchshunde teilweise von *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina* und Hakenwürmern befallen.

Die für die künstliche Ansteckung benötigten Trichuriseier gewann ich anfangs aus dem Kot zweier Scotch-Terrier, die an einer blutig-schleimigen Diarrhoe litten und mit 1 g Kot zwischen 1.000 und 12.000 Trichuriseier ausschieden, später von einem institutseigenen Ausscheider.

Bei einer kritischen Überprüfung der Kochsalzanreicherungs-methode, des Verfahrens nach KOZAK und MAGROVA (1960) sowie von TELEMANN stellte ich fest, daß letztere für den Nachweis von Peitschenwurmeiern im Hundekot am besten geeignet ist. Zur Gewinnung größerer Eimengen aus dem Kot als Infektionsmaterial eignet sich aber weder die Telemannmethode, da sie die Eier schädigt und zu umständlich ist, noch die Methode nach KOZAK und MAGROVA. Hier steigen infolge des höheren spezifischen Gewichtes (1,274) zwar mehr Eier auf, gleichzeitig aber auch mehr Kotbestandteile. Ich benutzte deshalb die Kochsalzanreicherung und wusch später das NaCl aus.

Die Eier wurden in mit Wasser gefüllten Petri-Schalen bei 34°C bebrütet. Täglich zählte ich 200 Eier aus und beobachtete den Fortgang der Entwicklung bis zur Embryonierung. Zum Studium der Morphologie der Larven versuchte ich sie aus den Eiern zu isolieren. In künstlichen Darmsaft schlüpfen nach voreriger

Hund Nr.	Geschlecht	Alter in Tg.	Infektionsdosis pro Infektion	Alter der p.i. gewonnenen Larven in Tg.
1	weibl.	61	10.000	1/2
2	männl.	61	40.000	24 - 25
3	weibl.	57	40.000 135.000	1/6 39
4	weibl.	61	70.000 40.000 45.000	4 13 - 22 43 - 49
5	männl.	61	70.000 50.000 30.000	8 31 - 35 53 - 61
6	männl.	90	100.000 40.000	10 - 11 47 - 51
7	männl.	90	50.000 130.000 40.000	2 31 57 - 63
8	weibl.	61	50.000 100.000 80.000 45.000	0 27 - 28 60 119 - 126
9	männl.	46	30.000	16
10	männl.	1 1/2 Jahre	30.000	16
11	männl.	52	20.000	20
12	männl.	50	30.000	100-110. Schildkrötenkot Larven... etc.

Tab. 1: Übersicht über das verwendete Material zur Untersuchung des endogenen Zyklus von *Tricurus vulpis*.

Behandlung mit künstlichem Magensaft 2 - 76 % der Larven. Wegen dieser großen Schwankung gewann ich sie deshalb durch Ausdrücken aus den Eiern. Da Trichuriseier viel widerstandsfähiger sind als Askarideneier, ließ ich (nach POWERS, 1961) in 10 ml Röhrchen 2,5 %-ige NaOCl - Lösung 30 Minuten auf die Eier einwirken. Zunächst quollen die Polpröpfe und die mittleren Eihüllen und lösten sich dann auf. Leider aber konnte anschließend mit Pepsin weder die innerste noch die äußerste Hülle aufgelöst werden, so daß ich sie schließlich unter dem Deckglas mechanisch ausdrückte.

Da weder Häutungen im noch außerhalb des Eies beobachtet werden konnten, versuchte ich die Methode von HENNER (1959), der durch 3-tägige Behandlung von Askaridenlarven mit 3 %-iger HCl-Lösung Scheiden sichtbar machen konnte. Die Behandlung der Trichuriseier nach GLASER und STOLL (1940) mit 0,13 %-iger NaOCl-Lösung führte nicht zur Entscheidung.

Zur Prüfung der Widerstandsfähigkeit gegen tiefe Temperaturen wurden die ungefurchten Trichuriseier im Kot bei gleichbleibender Temperatur von -3 bis -7°C und -20°C aufbewahrt. Andere Proben wurden täglich einmal für 2 - 4 Stunden bei Zimmertemperatur aufgetaut und anschließend wieder eingefroren. Danach wurden die Eier vom Kot getrennt, bei 34°C bebrütet. Der Entwicklungsstand wurde nach 3 und 14 Tagen kontrolliert. Embryonierte Eier wurden in Blockschälchen, die mit Wasser gefüllt waren, den Temperaturen ausgesetzt.

Die Resistenz gegen UV-Strahlen wurde unter einer Lampe mit einer Leistung von 2 Watt (Stromstärke 0,35 A) geprüft. Der Abstand der Lichtquelle vom bestrahlten Objekt betrug 50 cm. Die Eier wurden in Petri-Schalen, in denen sich eine 2 - 3 mm dicke Schicht von destilliertem Wasser befand,

2 bis 6 h bestrahlt, anschließend bei 34°C bebrütet und nach 3 und 14 Tagen kontrolliert. Die embryonierten Eier bestrahlte ich nur 4 h.

Für die Infektion der Hunde wurden verschieden alte embryonierte Eier 1 - 4 mal (Tab. 1) in verschiedenen Zeitabständen oral mit etwas Wasser gegeben. Die Schlupfrate stellte ich durch mikroskopische Untersuchung des Kotrückstandes fest, der nach Vermengung mit Wasser und nochmaligem Absieben durch ein Sieb mit der Maschenweite von 0,3 mm und danach durch eine Perlongaze mit 0,031 mm weiten Maschen verblieb.

Zur Untersuchung der Lokalisation der Peitschenwürmer wurden nach der Tötung der Hunde die verschiedenen Darmabschnitte abgebunden. Mit einem Schaber wurde die Darminnenfläche bis auf die Submucosa in 4 verschieden tiefen Schichten abgetragen. Die Geschabsel bewahrte ich in Tyrodelösung im Kühlschrank auf und untersuchte sie im Verlaufe von 4 Tagen bei 20 facher Vergrößerung. Diese Methode ist sehr zeitrauend und deswegen nur für die Untersuchung kleinerer Darmabschnitte geeignet, da die Larven bald absterben und dann schnell zersetzt werden.

Weiterhin versuchte ich, die Larven mittels Verdauung und Auswanderung zu gewinnen. Durch Pepsinverdauung nach JACOBS und Mitarb. (1960) und auch nach JANITSCHKE (1962) werden aber die Larven innerhalb von 5 Std. angedaut. Deshalb benutzte ich in Anlehnung an SPRUNT (1952) die Trypsinverdauungsmethode. Schleimhautgeschabsel bzw. mechanisch zerkleinerte Darmteile wurden hierzu mit Trypsinverdauungsflüssigkeit bei einem pH von 7,3 (200 ml physiologische Kochsalzlösung + 2 g Trypsin mit 40.000 Fula-Gross Einheiten pro g) versetzt.

Nach 4 - 6 Stunden Bebrütung bei 37°C sinken die Larven nach unten, während der größte Teil des angedauten Gewebes nach oben steigt und abgesaugt werden kann. Die restliche Flüssigkeit wurde durch ein Sieb mit 0,3 mm weiten Maschen gegossen und der Rückstand nach Zentrifugieren auf lebende Larven untersucht. Den Rest des Sedimentes fixierte ich mit 4 %-igem, auf 55°C erhitztem Formalin.

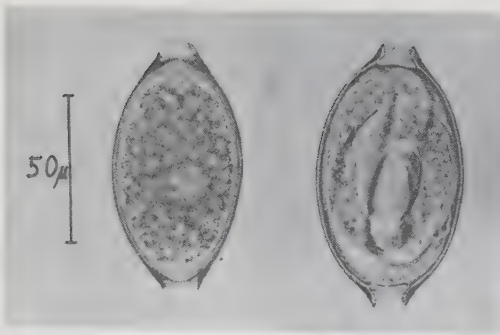
Die Morphologie habe ich meist an lebenden Larven studieren können. Alle Messungen wurden dagegen grundsätzlich an fixiertem Material vorgenommen.

B. Ergebnisse

a. Exogene Entwicklung

Die von geschlechtsreifen *Trichuris vulpis*-Weibchen abgelegten Eier sind nach eigenen Messungen an 50 Stück 70 - 94 μ mal 35 - 43 μ groß (ohne Polpfröpfe). Frische Eier enthalten noch den männlichen und weiblichen Vorkern als zwei helle und runde Körperchen. Sie verschmelzen bei 34°C in etwa 24 Stunden. Danach erscheint das Sizenrum aufgeheilt (Abb. 1 a). Durch eine Latitudinalfurchung entsteht bei fast allen Eiern am 2. Tage das aus 2 verschiedenen großen Blastomeren bestehende 2-Zellstadium. Die Mehrzahl der Eier erreicht am 3. Tage das Morula - und am 4. Tage das Blastulastadium, das bald durch eine Zellwucherung an einem Pol in das Gastrulastadium übergeht. Am 8. Tage sind die ersten und am 11. alle entwicklungsfähigen Eier embryoniert (Abb. 1 b).

Die aus den frischen embryonierten Eiern gewonnenen Larven I sind gleichmäßig granuliert. Einen Tag später lockert sich die Granulation von vorn beginnend auf, der Mundspeiser und der muskuläre Oesophagus teil werden z.T. sichtbar.



a

b

Abb. 1: Eier von *Trichuris vulpis*, Orig.

a) ungefurcht b) embryoniert

Die Kutikula zeichnet sich als eine feine Membran ab. Durch die Behandlung mit 3 %-iger Salzsäurelösung läßt sich keine Scheide abheben. Derartige Larven bewegen sich nach dem mechanischen Ausdrücken aus dem Ei schwach. Im Wirtstierkörper schlüpfen 2 Tage alte Laren I nicht aus dem Ei, wie ein Infektionsversuch an Hund Nr. 12 zeigte.

Bereits am 3. Tage nach der Embryonierung der Eier bei 34°C unterscheiden sich die Larven morphologisch wesentlich von den jüngeren Stadien. Die bisher dichte Granulation beschränkt sich nur noch auf die zwei hinteren Drittel (Abb. 2). In dem helleren Vorderteil ist bei lebenden Larven der geschlängelte muskuläre Ösophagus, der vorn einen 8 - 13µ langen, 180° gedrehten und lanzettförmigen Mundspeer trägt, nun deutlich. Zellkörper und Darm sind aber lediglich durch eine verschieden dichte Granulation zu unterscheiden. Diese nun als Larve II zu bezeichnenden Larven sind 251 - 368µ lang und maximal 11µ am Übergang vom muskulären zum zellulären Ösophagus dick. Sie bewegen sich, auch wenn sie vorher im Ei reglos waren, außerhalb desselben lebhaft und annaltend. Durch eine 6 - 12 Tage dauernde Be-

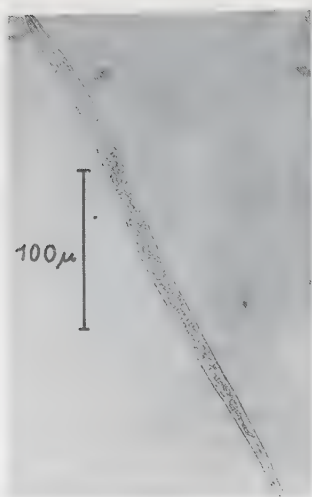


Abb. 7: Larve II von *Trichuris vulvis*,
aus dem Ei mechanisch ausgedrückt, Orig.

handlung mit 3 %-iger Salzsäurelösung hebt sich bei diesen jungen Larven vereinzelt, bei den älteren aber stets eine feine Haut ab, die aber immer am Vorder- und Hinterende im Zusammenhang mit dem Larvenkörper bleibt. Verfütterte ich solche Larven II an Versuchshunde, so schlüpften 1% bis 6% der 3 Tage alten Larven, die auch infektionstüchtig sind, 10% der 4 Tage alten und bereits 30% der 5 Tage alten Larven. Die höchste Schlupfrate beobachtete ich mit 94, bei 91 - 130 Tage alten Larven.

Die im Folgenden beschriebenen *Trichuriseier*, deren Geschlechtskerne zum größten Teil noch nicht verschmolzen waren, UV-Strahlen 6 Stunden einwirken, wurden sie zu 100% abgetötet, ebenso wie embryonier- te Eier, die einer 4 stündigen Bestrahlung ausge- setzt waren.

7 Wochen Aufenthalt bei 4°C vertragen die unfurchten Eier ebenso schadlos wie 8 Tage bei -7°C. Nach 28 Tagen werden aber 40% geschädigt. Bei täglichem Wechsel von Einfrieren bei -7°C und Auftauen wurden nach 12 Tagen 70% abgetötet. Hielt ich dagegen unfurchte Eier bei -20°C, so waren nach 2 Tagen 15 %, nach 8 Tagen 50 % und nach 16 Tagen 100 % abgetötet. Embryonierte Eier sterben bei dieser Temperatur bereits nach 1 x 24 Stunden ab.

b. Endogene Entwicklung

Nach der Verfütterung von embryonierten Eiern schlüpfen die infektionstüchtigen Larven II während der Darmpassage im gesamten Darmkanal. 4 Stunden nach der Infektion fand ich im Magen und in der Pars cranialis des Duodenum ausschließlich embryonierte, in den folgenden Dünndarm - und Dickdarmabschnitten embryonierte und leere Eier (Hund Nr.3).

Zwei Tage später sind die Larven um ca. 200 μ größer. Die Körperwand und damit die Körperhöhle sind klarer ausgebildet. Während eine Differenzierung im Bereiche des Zellkörpers, der aus zwei Zellreihen besteht, an deren Ende sich 2 Zellen abschnüren, eingetreten ist, besteht der Darm lediglich aus einem granuliertem Gewebe. Der Endteil der Larve wird durch eine Verdickung des Hautmuskelschlauches ausgefüllt.

Bei den sich etwas verkleinernden 4 Tage (siehe Tab.2) alten Larven sind die beiden Zellen am Ende des Zellkörpers deutlicher. Eine weitere Zelle schließt sich daran an. Ob es sich dabei um eine Geschlechtsanlage handelt, konnte ich nicht sicher feststellen.

Ebenso wie schon am 2. Tage waren bei Hunden, die am 8., 10. und 16. (Hund Nr. 10) Tage p.i. seziiert wurden, Larven sowohl im Dünndarm, außer im

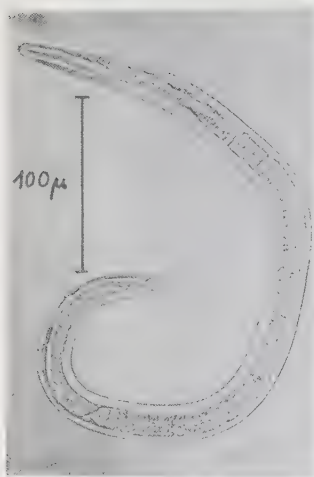


Abb. 3: Larve II von
Trichuris vulpis,
10 Tage p.i., Orig.

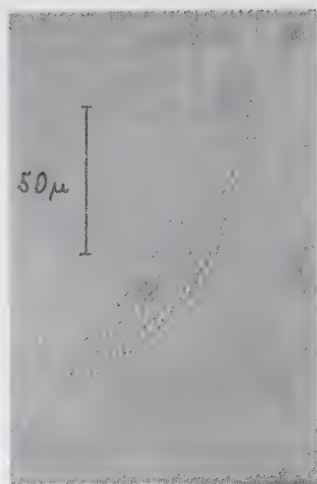


Abb. 4: Larve III von
Trichuris vulpis,
18-22 Tage p.i.,
Orig.

1. Teil des Duodenums, als auch im Dickdarm in
den oberflächlichen Geschabseln zu finden.

Alter der Larven in Tg.	Körperlänge	Länge des		
		musk. Ösoph.	Zellkörpers	Hinterendes
6 im Ei	251 - 368 (315)	64 - 96 (82)	99 - 163 (137)	77 - 112 (95)
2 im Dünn-u. Dickdarm	448 - 538 (509)	86 - 122 (105)	240 - 326 (296)	73 - 124 (106)
4 im Dünn-u. Dickdarm	387 - 419 (403)	74 - 96 (88)	202 - 221 (217)	73 - 108 (98)
8 im Dünn-u. Dickdarm	330 - 582 (442)	73 - 99 (93)	166 - 355 (242)	88 - 140 (106)
10 im Dickdarm	352 - 624 (513)	58 - 121 (93)	217 - 448 (320)	76 - 126 (101)

Tabelle 2: Größenveränderungen verschieden alter *Trichuris vulpis*-Larven II (in Klammern die Durchschnittswerte), Maße in μ angegeben.

Morphologisch gleichen sie den jüngeren Stadien (Abb. 3). Während sie bis zum 8. Tage in allen Darmabschnitten gleich groß bleiben, sind die Larven am 10. Tage mit 513μ im Dickdarm größer als die nur 445μ langen Larven im Dünndarm. Die in dem erwachsenen Hund Nr. 10 gefundenen Larven sind aber infolge einer Entwicklungshemmung auch am 16. Tage p.i. im Caecum nicht weiterentwickelt.

Nach 18 - 22 Tagen p.i. konnte ich zum ersten Mal eine Häutung zur Larve III beobachten (Abb. 4). Von der abgehobenen Kutikula zieht ein fadenförmiges Gebilde zum Anus. Nach 1-wöchiger Aufbewahrung in 4 %-igem Formalin war die Scheide auch am Vorderende zu sehen. Mit einer Länge von 633μ und einer Dicke von 23μ unterscheiden sich diese Larven bereits deutlich von der Larve II. Vor allem aber besteht der Zellkörper nur noch aus einer Zellreihe.

Weiter in ihrer Entwicklung als diese 18 - 22 täglichen Larven waren die aus einem Welpen 16 Tage p.i. gewonnenen Larven. Der Darm dieser 769μ langen Larven besitzt erstmalig ein Lumen (Abb. 5).

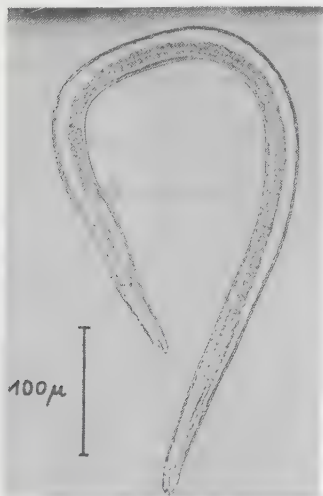


Abb. 5: Larve III von *Trichuris vulpis*, 16 Tage p.i., Orig.



Abb. 6: Larve III von *Trichuris vulpis*, 31-35 Tage p.i., Orig.

Das 36 μ lange Rektum wird in Form von 2 Wülsten sichtbar. Außerdem ist bei einigen Exemplaren die Geschlechtsanlage als strangförmige Wucherung der Coelomwand entlang des Darmes zu sehen. Auch die weiteren Larven III bis zum 35. Tag p.i. zeigen eine stärkere morphologische Differenzierung. Der muskuläre Ösophagus besitzt eine Anschwellung, die wahrscheinlich dem späteren drüsigen Zwischenstück entspricht. Die einzelnen Zellen des Zellkörpers liegen perlschnurartig hintereinander und umgeben den Ösophagus exzentrisch. Der Darm und das Rektum sind gut ausgebildet (Abb. 6). Die zwei Stränge des Darmes überlagern häufig den engangliegenden Geschlechtsstrang. Nervenring und Stützensaum werden ebenfalls in diesem Stadium deutlich.

Nach 31 Tagen p.i. nimmt auch erstmalig der maximale Durchmesser, der noch in der Mitte der Larve liegt, nennenswert zu, er beträgt 26 - 40 μ . Die Larven sind nun auch am Hinterende dicker als vorn. Im 3. Larvenstadium verlängert sich besonders der Zellkörper, während die übrigen Abschnitte nur wenig wachsen (Tab. 3).

Die Larven III sitzen nur noch oberflächlich im Caecum, selten in der Caecumspitze, häufiger in der Schleimhautfalte am Ostium ileocaecocolicum und im Colon ascendens.

Alter der Larven in Tg. (p.i.)	Körperlänge	L ä n g e d e s		
		musk.Ösoph.	Zellkörpers	Hinterendes
18 - 22	573 - 685 (633)	112 - 134 (124)	314 - 413 (367)	109 - 157 (142)
16	642 - 813 (769)	118 - 165 (144)	405 - 489 (459)	128 - 196 (166)
20	640 - 973 (786)	131 - 189 (164)	134 - 517 (472)	106 - 222 (150)
31 - 35	1043-2142 (1605)	131 - 256 (213)	758 -1535 (1146)	125 - 351 (240)

Tabelle 3: Größenveränderungen verschieden alter *Tricuris vulpis*-Larven III (in Klammern die Durchschnittswerte), Maße in μ angegeben.

Nach 45 - 49 Tagen konnte ich bei Larven, die in Formalin fixiert wurden, die 2. Häutung im Tierkörper zur Larve IV beobachten. Während in diesem Stadium der muskuläre Ösophagus kaum wächst, verlängert sich besonders der Zellkörperteil (Tab. 4).

Alter der Larven in Tg. (p.i.)	Körperlänge	L ä n g e d e s		
		musk.Ösoph.	Zellkörpers	Hinterendes
45 - 51 weibl.	5,1 - 10,5 (7,4)	0,45 - 0,56 (0,49)	3,8 - 8,7 (5,7)	0,76 - 1,7 (1,2)
58 - 61 weibl.	5,0 - 13,2 (9,4)	0,30 - 0,59 (0,50)	3,8 - 9,9 (7,3)	0,82 - 2,7 (1,5)
60 - 68 männl.	13,9 - 17,1 (15,5)	0,40 - 0,56 (0,48)	10,9 - 13,4 (12,3)	2,7 - 3,1 (2,3)

Tabelle 4: Größenveränderungen bei verschiedenen alten *Trichuris vulpis*-Larven IV.
Maße in mm angegeben.

Der muskuläre Ösophagus ist 6 - 22 μ stark. An ihn schließt sich das drüsige "Zwischenstück" an, welches aus 7 - 13 langgestreckten, dunkelgranulierten Zellen besteht. Der Ösophagus mündet mit einer Papille in den Darm (Abb. 8). Die beiden Zellen am Übergang sind jetzt 48 - 65 x 19 - 27 μ groß. Für die Larve IV ist die Differenzierung des Geschlechtsapparates, der den gesamten Darm begleitet, charakteristisch. Die Weiterentwicklung des weiblichen Geschlechtsstranges zwischen dem 47. und 51. Tag ist anhand der schematischen Skizze A (Abb. 7) dargestellt. Zwischen dem dickeren, am Darmanfang beginnenden, 750 μ langen (A 1) und dem hinteren dünnen Teil des Stranges (A 2) entwickelt sich bis zum 61. Tage eine 60 - 64 μ lange und 6,4 - 12 μ breite Schleife (Abb. 7 B). Damit sind bereits alle Teile des weiblichen Genitalschlauches angedeutet: a. Vagina und Uterus (B 1), zwar noch nicht unterscheidbar, b. der Eileiter (B 3) und c. das Ovar (B 2).

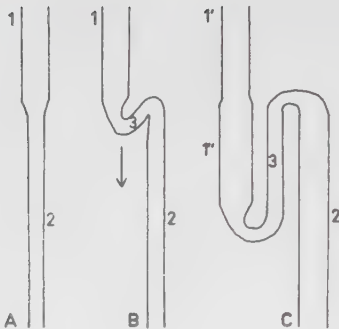


Abb. 7: Entwicklung des weibl. Genitalschlauches in der La IV von *Trichuris vulpis* zwischen dem 47. und 61. Tage p.i., schematische Darstellung.

Bei älteren Larven ist die Schleife des Geschlechtsstranges weiter ausgezogen und Vagina und Uterus können differenziert werden (Abb. 7 C 1', 1''). Die Vulva ist ebenfalls schon angelegt, aber noch durch eine Haut verschlossen (Abb. 8).



Abb. 8: Querschnitt durch den Genitalschlauch bei einer La IV von *Trichuris vulpis*, 51. Tage p.i., Orig.

Männliche Geschlechtsanlagen bei den 4. Larven fand ich erst am 60. Tage. Eine 1,7 mm lange Hoden-anlage, die über die Verbindung Darm - Kloake hinaus-reicht, ist vorhanden. Die samenableitenden Wege münden bereits in die Kloake und eine Spicular-tube ist angelegt.

Die 3. Häutung im Tierkörper sah ich zum ersten Mal 63 - 68 Tage p.i. bei männlichen Larven (Abb.9). Die Scheide ist am Vorderende z.T. schon abgelöst, am übrigen Larvenkörper liegt sie noch an, doch ist die darunterliegende Kutikula an der Innen-seite von Krümmungen gut zu erkennen. Diese 17,1 mm langen und 0,18 mm breiten Larven zeigen erstmalig ein bis zu 1 mm langes Spiculum.

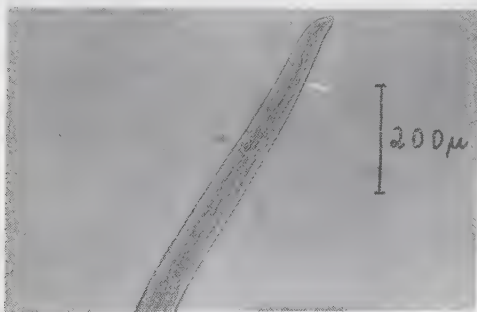


Abb. 9: Häutung am Vorderende einer La IV von *Trichuris vulpis*, 63-68 Tage p.i., Orig.

Die präadulten, 24,6 mm langen Weibchen lassen 81 Tage p.i. die aus dem absteigenden Uterus und dem dünneren, aufsteigenden Eileiter bestehende Schleife erkennen (Abb. 10). Der gestreckt verlaufende Darm verdeckt größtenteils das sich um ihn windende, noch leere Ovar.

Am 90. Tag p.i. waren dann bereits befruchtete Eier im Uterus der 31,8 mm langen Weibchen zu erkennen. So konnte ich auch am selben Tage mit der Telemannmethode, aber erst am 94. Tag p.i. mit der Kochsalzanreicherung Trichuriseier im Kot nachweisen.

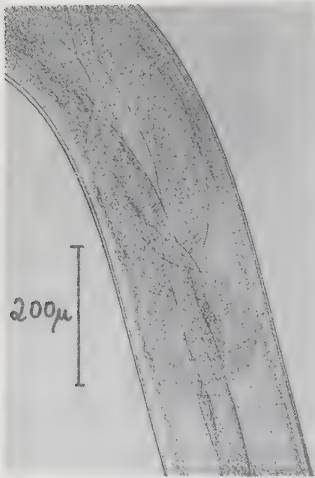


Abb. 10: Uterus-und
Eileiterschlinge
eines präadulten
T. vulpis-Weibchens,
81 Tage p.i., Orig.

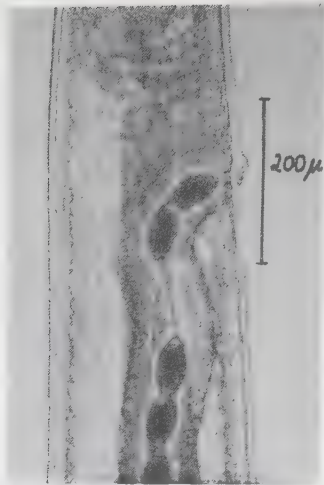


Abb. 11: Vagina u. Vulva
eines reifen
T. vulpis-Weibchens,
Orig.

Die reifen, 119 - 126 Tage alten Würmer sind nur selten mit ihrem Vorderende in die Schleimhaut eingedrungen, meist liegen sie oberflächlich auf ihr und zwar im Caecum und Colon ascendens, besonders aber auf der Schleimhautfalte am Ostium ileocaecocolicum, wo ich allein 49 Würmer (50 %) bei Hund Nr. 8 finden konnte. Hier ist die Schleimhaut auch gerötet und geschwollen, während sie im übrigen Caecum und Colon nur mit einer dicken Schicht glasigen und pappigen Schleimes bedeckt ist.

Wie bei allen Entwicklungsstadien ist auch bei den Adulten der Mundspeer vorhanden. An den muskulären Ösophagus, der im 1. Drittel von dem Nervenring umgeben ist, schließt sich wieder das 0,5 mm lange grüsige "Zwischenstück" an. Die Zellen des Zellkörpers sind durch feine Faserbündel an der Körperwand befestigt. Der Umfang der letzten 10 Zellen nimmt rasch ab. Die Zellkomplexe am Ende des Zellkörpers sind etwa $125 \times 42\mu$ groß.

Die Trichuris vulpis-Weibchen sind 32,5 - 42,3 mm lang und maximal 0,27 - 0,45 mm dick. Ihr Darm wird zunächst von der Vagina begleitet, läuft dann zwischen Körperwand einerseits und Uterus und Ovar andererseits caudalwärts. Das Rektum mündet etwa 12 μ vor dem Hinterende mit dem Anus. Die Vulva, 30 - 120 μ hinter dem Darmanfang, wird durch flache Kutikularwülste gebildet (Abb. 11). Die starke muskulöse Wand der 563 - 750 μ langen Vagina weist am Anfang nach innen gerichtete Stacheln auf. Der sich an den prall mit Eiern gefüllten Uterus anschließende Eileiter verläuft oft zunächst noch eine kurze Strecke caudalwärts, zieht dann gestreckt zwischen Uterus und Ovar zurück bis zum Übergang Vagina - Uterus und biegt schließlich in das Ovar um, welches am Ende einen dünnen, 150 - 350 μ langen Fortsatz besitzt, der ca. 163 μ vor dem Hinterende aufhört. Damit ist die am 60. Tage zum ersten Male sichtbare Schleife völlig ausgewachsen.

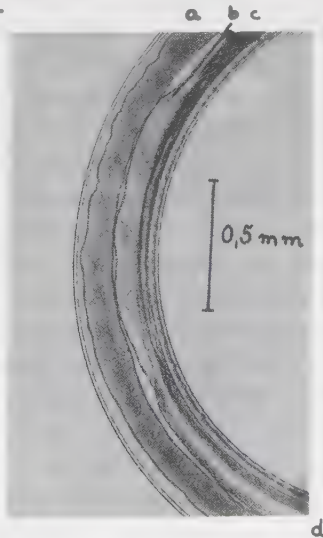


Abb. 12: Trichuris vulpis, Ausschnitt aus dem männlichen Geschlechtsapparat, Orig.,
a) Hoden b) Ductus ejaculatorius
c) Darm d) Kloake

Der Darm (Abb. 12 c) der 34,9 - 40,4 mm langen und 0,31 - 0,44 mm dicken *Tricauris vulpis*-Männchen ist nicht wie bei den Weibchen anfangs keulenförmig erweitert, sondern er beginnt gleichmäßig und wird vor der Einmündung in die Kloake schmaler (Abb. 12).

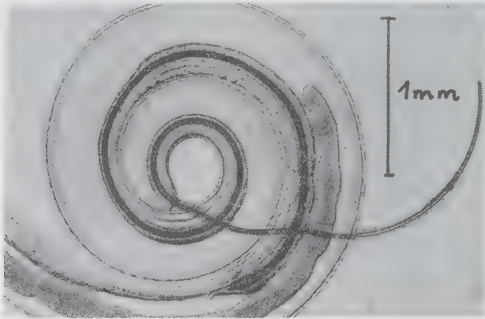


Abb. 13: Hinterende von *Tricauris vulpis*, Orig.

Die muskulöse Kloake (Abb. 12 d, 13) ist nur wenig kürzer als der Darm. Der 1 - 3 mm vor dem Hinterende beginnende Hoden (Abb. 12 a, 13) zieht gestreckt bis zum Übergang Ösophagus - Darm und geht hier in das etwas geschlängelt verlaufende Vas deferens über, welches durch eine deutliche Einschnürung von dem starken und kurzen Ductus ejaculatorius (Abb. 12b) abgesetzt ist. Das in der Spiculartube liegende Spiculum ist 4,3 - 5,4 mm lang und wird von der vorgestülpten Spicularscheide (Abb. 13), die proximal beuornt ist, umgeben. Der Spicularretraktor setzt in dem vorderen Drittel des spiralförmig gedrehten Hinterendes fächerförmig an der Körperwand an.

IV. Besprechung der Ergebnisse

Nach meinen Beobachtungen embryonieren *Trichuris vulpis*-Eier bei 34°C in 8 - 11 Tagen, also in etwas kürzerer Zeit, als es RUBIN (1954) und ONORATO (1932) angeben.

Erstmalig habe ich versucht, die für Nematoden charakteristischen Entwicklungsstadien bei *Trichuris vulpis* zu beschreiben. Da ich nicht alle vier Häutungen eindeutig feststellen konnte, habe ich mich im wesentlichen auf morphologische Besonderheiten gestützt. Dabei wurde eine auffallende Übereinstimmung der entsprechenden Entwicklungsstadien von *Trichuris vulpis* und *Toxocara canis*, wie sie HENNER (1959), NICHOLS (1956) und SPRENT (1958) beschreiben, beobachtet. Ebenso sah ich ähnliche Strukturveränderungen, wie sie FAHMY (1954) bei *Trichuris muris*, POWERS (1961) und DALCHOW (1964) bei *Trichuris ovis* erwähnen.

Das bei 34°C nur 2 Tage dauernde, noch nicht infektionstüchtige Entwicklungsstadium bezeichne ich als Larve I. Ihr innerer Aufbau entspricht dem der Larve I von *Toxocara canis*, wie ihn HENNER (1959) beschrieb. Dagegen gelang es mir nicht, die erste Häutung der Larve I von *Trichuris vulpis* im Ei sicher nachzuweisen. Zwar konnte ich nach der Behandlung mit 3%-iger Salzsäurelösung gewisse Strukturveränderungen an der Kutikula erkennen, doch ist die Entscheidung schwierig, ob es sich dabei tatsächlich um eine Häutung handelt. Bei anderen Nematodenlarven führten INATOMI und Mitarb. (1963) zur Feststellung von Häutungen elektronenmikroskopische Untersuchungen durch.

Zwischen dem 3. und 6. Tag nach der Embryonierung der *Trichuris vulpis*-Eier bilden sich die invasionstüchtigen Larven II aus. Weitere Strukturveränderungen finden während der exogenen Phase nicht statt. Eine Genitalanlage, wie sie NICHOLS (1956) und SPRENT (1958) bei der Larve II der

Hundespulwürmer beschrieben, konnte ich bei *Trichuris vulpis* nicht mit Sicherheit erkennen. Die vom Hund aufgenommene Larve II schlüpft im wesentlichen im Dünndarm aus dem Ei. Galle und Pankreassaft sind wohl für den Schlupfvorgang ausschlaggebend, wie schon MILLER (1939) und YUTUC (1956, 1957) in vitro feststellten. Es ist dabei interessant, daß die beiden Polpfröpfe durch den Darmsaft nicht aufgelöst werden, sondern intakt bleiben. Vermutlich scheidet die Larve, ebenso wie FAIRBAIRN (1960) dies von *Ascaris lumbricoides* berichtet, durch gewisse Darmfaktoren stimuliert, ein die Polpfröpfe auflösendes Enzym aus.

Nach MILLER (1947) schlüpfen Peitschenwurm-larven nur im Dünndarm. Ich konnte dagegen auch im Dickdarm mitten im Schlupfvorgang befindliche Larven beobachten. Ich sah außerdem im Darminhalt nie lebende Formen und schließe daraus, daß die bereits im Dünndarm geschlüpften Larven sich nicht mehr im Dickdarm festsetzen können, nachdem sie mit dem Darminhalt passiv dorthin getragen wurden. Lediglich die tatsächlich im Dickdarm geschlüpften Larven dringen auch hier in die Schleimhaut ein.

In Gegensatz zu den Beobachtungen von MILLER (1947) habe ich durch morphologische und mikrometrische Untersuchungen feststellen können, daß sich *Trichuris vulpis*-Larven auch im Caecum und Colon entwickeln. Sie schrumpfen in den ersten Stunden nach der Aufnahme etwas zusammen, nehmen aber dann bis zum 2. Tage beträchtlich an Länge zu und verändern sich auch morphologisch. Nach dem 2. Tage befinden sich die Larven, wie dies von MILLER (1947) durch histologische Untersuchungen konnte, im Dün- aber auch Dickdarm in einem gewissen Ruhestadium. Eine Weiterentwicklung setzt erst etwa am 3. Tage im Caecum und Colon ein. Dagegen zeigen die nach diesem

Zeitpunkt im Dünndarm befindlichen Larven keine Veränderungen der Größe oder der Morphologie mehr. Da ich nach dem 10. Tag im Dickdarm kaum mehr Larven als zuvor fand, ist anzunehmen, daß es nur wenigen Dünndarmlarven gelingt, sich hier festzusetzen. Hierüber konnte auch MILLER (1947) keine Aussagen machen, da er die Entwicklung von *Trichuris vulpis* nur bis zum 10. Tage verfolgte. Dieses eben beschriebene Runestadium kann jedoch von einer durch den Wirt bedingten Entwicklungshemmung bedeutend verlängert werden, wie dies die Beobachtungen am Hund Nr. 10 beweisen.

In dieser Zeit verändert sich in der Larve II die Länge des muskulären Ösophagus sowie des Hinterendes kaum, lediglich der Zellkörper verdoppelt sich.

Die erste Häutung im Tierkörper beobachtete ich bei 18 - 22 Tage alten Larven. Ich nehme jedoch an, daß bei nicht verzögerter Entwicklung die Häutung schon vor dem 16. Tage stattfinden kann.

Die Larve III ist charakterisiert durch die deutliche Ausbildung von Darm und Rektum, von Nervenring und Stifchensaum sowie durch das Sichtbarwerden der strangförmigen Geschlechtsanlage. Außerdem erhält der Zellkörper sein typisches Aussehen. Die Körperlänge nimmt um das Dreifache zu. Allerdings liegen meine Längenmeßergebnisse der 31 - 35 Tage alten Larven unter den von RUBIN (1954) mitgeteilten Befunden. Erstmals wird nun das Hinterende der *Trichuris vulpis*-Larven dicker als der vordere Körperteil.

Eine weitere Häutung findet bei 45 - 49 Tage alten Larven statt. Allerdings konnte ich eine deutliche Scheide nur an mit Formalin fixiertem Material erkennen. Da aber DALCHOW (1964) bei lebenden *Trichuris ovis*-Larven am 31. Tage Häutungen sah, die nach der Fixierung in Formalin deutlicher wurden, nehme ich auch bei *Trichuris*

vulpis eine echte Häutung an.

In der Larve IV kommt es, ebenso wie dies SPRENT (1958) für *Toxocara canis* beschrieb, zur Differenzierung der Geschlechtsorgane. Besonders deutlich konnte ich die allmähliche Weiterentwicklung des weiblichen Genitalschlauches verfolgen. Die Längen dieser Larvenstadien variieren zwischen 5,1 und 17,1 mm.

Die 3. Häutung im Tierkörper beobachtete ich an 63 - 68 Tage alten männlichen Larven. Eine Häutung auch der weiblichen Larven findet in jedem Falle nach dem 60. Tag statt, auch wenn ich in meinem Material diese nicht beobachten konnte; denn bis zu diesem Zeitpunkt war die Vulva stets noch durch eine Haut verschlossen.

Während des 5. Entwicklungsstadiums wird der Geschlechtsapparat in den endgültigen Proportionen ausgebildet. Dies ist besonders mit einem Wachstum des Hinterendes verbunden. So verkleinert sich das Verhältnis der Körperlänge zu der Länge des Hinterendes von den 81 Tage alten zu den 119 - 126 Tage alten Weibchen von 4,8 : 1 auf 3,5 : 1. Auch die geschlechtsreifen Würmer wachsen noch, was aus den Messungen der 90 Tage alten und älteren Exemplare hervorgeht. Allerdings liegen die Größen der von mir gemessenen Adulten erheblich unter den Angaben von SKRJABIN und Mitarb. (1957):

	SKRJABIN	eigene Messungen
Männchen	45 - 60,5 mm	34,9 - 40,4 mm
Weibchen	62 - 75 "	34,5 - 42,3 "

Es gibt hierfür meiner Meinung nach zwei Gründe: Entweder waren die von mir isolierten Würmer trotz ihrer Geschlechtsreife noch nicht ausgewachsen, oder die Entwicklung wurde infolge einer gewissen individuellen Resistenz des Wirtstieres gehemmt. Das Alter hat aber anscheinend keinen Einfluss.

Die von mir festgestellte Präpatenzzeit für
Trichuris vulpis liegt mit 90 Tagen in der von
MILLER (1941) angegebenen und von RUBIN (1954)
bestätigten Frist von 70 - 104 Tagen.

V. Zusammenfassung

An 12 künstlich mit Peitschenwürmern infizierten Hunden verschiedenen Alters wurde die exogene und endogene Entwicklung von *Trichuris vulpis* FRÖLICH (1789) experimentell untersucht.

Die Eier von *Trichuris vulpis* embryonieren bei 34°C in 8 - 11 Tagen. Nach weiteren 3 - 6 Tagen wird die invasionstüchtige Larve II ausgebildet.

Aus dem Ei schlüpft die Larve im Darmtrakt, durchläuft ein Ruhestadium bis zum 8. Tag im Dünn- und Dickdarm und entwickelt sich danach nur noch im Caecum und Colon ascendens weiter. Dort finden bis zur Ausbildung der Adulten über die Larve III und IV 3 Häutungen statt.

Für die einzelnen Larvenstadien sind bestimmte morphologische Veränderungen charakteristisch:

Larve I : gleichmäßige Granulierung

Larve II : Ausbildung a) des muskulären Ösophagus
im Ei
b) des zellulären Ösophagus
im Tierkörper

Larve III: Anlage der Geschlechtsorgane und
Entwicklung von Darm und Rektum

Larve, IV: Differenzierung des Geschlechtsapparates

In meinen Versuchen war die Präpatenperiode frühestens nach 90 Tagen beendet.

VI. Literaturverzeichnis

- Askanazy, M. (1896): Der Peitschenwurm, ein blut-saugender Parasit.
Archiv für klinische Medizin 57, 104-117.
- Baird, W. (1853): Catalogue of the species of Entozoa or intestinal worms, contained in the collection of the British Museum.
London.
- Bring, P. (1946): Resultatet av en undersökning av parasit och tuberculos förekomsten hos hundarna i Malmö stad.
ref: Biological Abstr. 20, 5893.
- Brown, H.W. (1927): Studies on the rate of development and viability of the eggs of *Ascaris lumbricoides* and *Trichuris trichiura* under field conditions.
J. Parasit. 14, 1-15.
- Burch, C.R. (1959): Canine whipworms
J. Amer. Vet.Med.Ass. 134, 470.
- Campbell, W.C. (1963): Spontaneous cure in *Trichuris muris* infections in albino mice and its suppression by Cortisone.
J. Parasit. 49, 628-632.
- Carlos, E.R. u. Directo, A.C. (1962): Intravenous treatment of whipworm in dogs.
J. Amer. Vet.Med.Ass. 141, 481 - 483.
- Chandler, C. (1930): Specific characters in the genus *Trichuris*, with a description of a new species, *Trichuris tenuis*, from a camel.
J. Parasit. 16, 198-206.
- Chitwood, B.G. (1931): The structure of the esophagus in *Trichuroidea*.
J. Parasit. 17, 39-41.
- Chitwood, B.G. (1932): The nature of the "cell body" of *Trichuris* and "stichosome" of *Acamerms*.
J. Parasit. 21, 220.

- Christoffersen, N.R.
(1914): *Trichocephalus dispar* im
Darmkanal des Menschen.
Ziegler Beiträge zur patholog.
Anatomie. 57, 474-515.
- Dalchow, W. (1964): Untersuchungen über die Ent-
wicklung des Peitschenwurmes
Trichuris ovis Abildgaard. (1795)
Diss. FU Berlin 1964.
- Damon, A. (1935): Internal parasites of the dog.
Vet. Med. 30, 217-220.
- Demidowa, A.J. (1935): Die Helminthenfauna des Hundes in
Aserbaidschan.
Arch. Schiffs- u. Tropenhyg.
39, 412-416.
- Dinnik, J. und
Dinnik, N. (1949/50): Struktur und Ursprung der Eischale
bei Nematoden der Unterordnung
Trichocephalata.
Z. Parasit. 14, 364-376.
- Ehrenford, F.A., (1959): Clinical diagnosis of canine
whipworm infection. Vet. Med. 54, 513-5
Napier, R. and
Eshenour, R.W.
- Eshenour, R.W., (1957): Intravenous use of Phthalofyne
(Whipcide) in the treatment
of canine whipworm.
J. Amer. Vet. Med. Ass. 131, 568-570.
- Burch, G.R. and
Ehrenford, F.A.
- Fahmy, M.A. (1954): An investigation on the life
cycle of *Trichuris muris*.
Parasitology 44, 50-57.
- Fairbairn, D. (1960): Physiologic aspects of egg hatching
and larvae exsheathment in nematodes.
In: Stauber L.A.-Host influence on
parasite physiology.
Rutgers University Press,
New Brunswick, New Jersey.
- Fernan-Nunez (1927): The pathogenic role of *Trichocephalus*
dispar.
Archives Internal medicine. 40, 46-57
- Fiebiger, J. (1947): Die tierischen Parasiten der Haus-
und Nutztiere sowie des Menschen.
4. Aufl. Wien, Urban u. Schwarzenberg
- Flucke, W. (1962): Die Wirkung von Dilombrin beim
Nematodenbefall des Hundes.
Diss. Hannover.

- Frölich, J.A. (1789): Beschreibung einiger neuer Eingeweidewürmer. Der Naturforscher 23, 142-145.
- Glaser, R.W. and Stoll, N.R. (1940): Exsheathment and sterilizing infective nematode larvae. J. Parasit. 26, 87-94.
- Gmelin, J.F. (1790): Linnei Systema naturae, T.I. Pars 6, Vermes Göttingen.
- Hasegawa, T. (1924): Beitrag zur Entwicklung von Trichocephalus im Wirte. Arch. Schiffs- u. Tropenhyg. 28, 337-340.
- Hasegawa, T. (1925): Experimental studies on the development of Trichocephalus. Japan. Med. World 5, 105.
- Henner, S. (1959): Untersuchung über Häutungen von Larven verschiedener Askaridenarten während ihrer präparasitischen Phase. Diss. München.
- Hinman, E.H. and Baker, D.D. (1936): Helminthological survey of 1315 dogs from New Orleans with special reference to age resistance. J. Trop. Med. Hyg. 39, 101-103.
- Hoepli, R. (1927): Über Beziehungen zwischen dem biolog. Verhalten parasitischer Nematoden und histologischen Reaktionen des Wirbeltierkörpers. Arch. Schiffs-u. Tropenhyg. 31, Beih., 207-290.
- Hung, S.L. (1926): The pathology of whipworm infestation in dogs. North Amer. Vet. 7, 39-46.
- Inatomi, S. (1960): Submicroscopic structures of the egg shell of helminth: II. A study on Trichuris vulpis. Acta medicae Okayama 14, 257-258.
- Inatomi, S., Sakumoto, D., Itanok, and Tanaka, H. (1963): Studies on the submicroscopic structure of body surface of larvae nematodes. Japan. J. Parasit. 12, 16-39.
- Jacobs, L., Remington, J.S. and Melton, M.L. (1960): The resistance of the encysted form of Toxoplasma gondii. J. Parasit. 46, 11-21.
- Janitschke, B. (1962): Untersuchungen an Meerschweinchen über die Wirkung von Promintic und Ruelene auf Larven von Tichinella spiralis und Toxocara canis. Diss. FU Berlin.

- Jettmar, H.M. und
Exner, H. (1951): Thermoresistenzversuche an Ascaris
und Trichuriseiern.
Arch. Hyg. Bakter. 134, 173-186.
- Jordan, J.E. (1955): Treatment of canine whipworms
(Trichuris vulpis) with whipcide.
J. Amer. Vet. Med. Ass. 126, 220-221.
- Kotlan, A. (1960): Helminthologie.
Akademiai Kiado, Budapest.
- Kószak, A. und
Magrová, E. (1960): Beitrag zur koprologischen Diagnostik
menschlicher Helminthen.
Helminthologia 2, 87.- 94.
- Lewinson, S.A. (1925): Zur Kenntnis der makroskopischen
und mikroskopisch-anatomischen
Befunde bei der Infektion der
Menschen mit Trichocephalus dispar.
Virchow Arch. patholog. Anatomie
256, 788-809.
- Magrane, H.J. (1954): Treatment of canine trichuriasis
with whipcide.
North Amer. Veterin. 35, 761-763.
- Miller, M.J. (1939): The egg-count of Trichocephalus
vulpis infections in dogs.
Proc.Soc.Exper.Biol. and Med.
42, 301-303.
- Miller, M.J. (1939): Studies on embryonation and hatching
of the eggs of the dog whipworm,
Trichocephalus vulpis.
Proc.Soc.Exper.Biol. and Med.
42, 303-305.
- Miller, M.J. (1941): Quantitative studies on Tricho-
cephalus vulpis infection in dogs.
Amer. J. Hyg. 33, 58-69.
- Miller, M.J. (1947): Studies on the life-history of
Trichocephalus vulpis.
Canad. J. Res. 25, 1-11.
- Mioll, M.,
Pieracci, F. (1959): Besondere Erscheinungen bei
Trichocephalose des Schweines.
Arch. vet. ital. 10, 481-482.
- Müller, G.W. (1929): Die Ernährung einiger Trichuroideen.
Z. morph. Ökolog. Tiere 15, 192-212.
- Nichols, R.L. (1956): The etiology of visceral larva migrans.
I. Diagnostic morphology of infective
second-stage Toxocara larvae.
J. Parasit. 56, 349-357.

- Nimmo-Smith, R.H. (1960): Some hydrolitic enzymes of the
and Keeling, J.E.D. parasitic nematode *Trichuris muris*.
Exper. Parasit. 10, 337-355.
- Nolf, L.O. (1932): Experimental studies on certain
factors influencing the development
and viability of the ova of the
human *Trichuris* compared with those
of the human *Ascaris*.
Amer. J. Hyg. 16, 387-322.
- Onorato, A.R. (1932): The effects of temperature and
humidity on the ova of *Toxocara*
canis and *Trichuris vulpis*.
Amer. J. Hyg. 16, 267-287.
- Powers, K.G. (1961): Bionomics of the genus *Trichuris*
ROEDERER, 1761, in sheep.
Diss. University of Wisconsin.
- Riegel, K. (1957): Über krankhafte Hauterscheinungen
bei Trichuriasis
Z. für Haut- und Geschlechtskrank-
heiten 23, 337-344.
- Roederer, J.G. (1761): Noch nicht beschriebene Art Würmer
im menschlichen Körper.
Anzeigen von gelehrten Sachen I, 243,
Göttingen, bei Johann Albrecht Barmeier.
- Rubin, R. (1954): Studies on the common whipworm of
the dog, *Trichuris vulpis*.
Cornell Vet. 44, 36-49.
- Rudolphi, C.A. (1908): Entozoorum sive vermium intestinalium
historia naturalis.
Vol. 1, 457.
- Saar, C. (1957): Parasitologische Untersuchungen beim
Rotfuchs (*vulpes vulpes*) im Raum
von West-Berlin.
Diss. FU Berlin.
- Sarwar, M.M. (1959): Reconstruction of the genus
Trichuris, and a short review
of its taxonomy and morphology.
Biologia 5, 19-35.
- Schindler, R. (1937): Das Blutbild des Hundes bei
Trichocephalus-Infektion.
Diss. Leipzig.
- Schrank, F.P. (1788): Verzeichnis der bisher hinlänglich
bekannten Eingeweidewürmer, nebst einer
Abhandlung ihrer Anverwandtschaften.
München, gedruckt bei Strohl.

- Skrjabin, K.I., (1957): Die Grundlagen der Nematodologie VI. Die Trichocephaliden und Capillarien der Tiere und des Menschen und die durch sie hervorgerufenen Krankheiten. Moskau, Verlag der akademischen Wissenschaft der SSSR.
- Smith, D.E. (1954): Two fatalities due to whipworm in the dog.
J. Amer. Vet. med. Ass. 125, 314-315.
- Smyth, J.D. (1962): Introduction to animal parasitology. The English Universities Ltd. London.
- Spindler, L.A. (1930): A study of the temperature and moisture requirements in the development of the eggs of the dog trichurid (*Trichuris vulpis*).
J. Parasit. 16, 41-46.
- Sprent, J.F.A. (1952): On the migratory behaviour of the larvae of various ascaris species in white mice.
J. Inf. Dis. 90, 165-176.
- Sprent, J.F.A. (1958): Observations on the development of *Toxocara canis* (Werner, 1782) in the dog.
Parasitology 48, 184-209.
- Srivastava, H.D. (1942): Whipworm and blood-flukes in dogs in India, with remarks on trichuriasis.
Parasitology 34, 122-123.
- Stetter, R. (1926): Verbreitung der tierischen Darmparasiten bei Hunden und Katzen in München.
Münch. tierärztl. Wschr. 77, 233-235.
- Stoll, N.R. (1947): This wormy world.
J. Parasit., 33, 1-18.
- Thapar, G.S. and Singh, S. (1954): Studies on the life-history of *Trichuris ovis* (Abildgaard, 1795) Fam. Tricnuridae Nematoda.
Proc. Ind. Acad. Sc. 40, Sect. B., 69-88.
- Vaughn, J. and Jordan, R. (1960): Intestinal nematodes in well-cared-for dogs.
Amer. J. trop. med. Hyg. 9, 29-31.
- Vaughn, J. and Murphy, J.S. (1962): Intestinal nematodes in sound dogs.
J. Amer. Vet. med. Ass. 141, 484-485.

- Whitney, L.F., (1951): A study of canine fecal examinations.
Whitney, G.D. and Vet. Med. 46, 377-382.
Martin, L.
- Wigand, R. u.
Mattes, O. (1958): Helminthen und Helminthiasen des
Menschen.
Jena, Gustav Fischer Verlag.
- Wilkinson, G.T. (1955): A case of heavy whipworm infestation
in dog and its successful treatment.
Vet. Rec. 67, 754-755.
- Worley, D.E., (1962): Experimental studies on Trichuris
Meisenhelder, L.E., muris in mice with an appraisal of its
Sheffield, H.G. and use for evaluating anthelmintics.
Thompson, P. J. Parasit. 48, 433-437.
- Wright, H. (1930): The incidence of internal parasites
in dogs at Washington.
J. Amer. Vet. Med. Ass. 76, 794-803.
- Yamaguti, S. (1961): Systema Helminthum. III. The Nematodes
of Vertebrates
Interscience publishers, Inc.
New York
- Yutuc, L. M. (1956): The extra-corporeal hatching of
embryonated ova of Trichuris vulpis
(Frölich, 1789).
Philipp. J. Sc. 85, 241-248.
- Yutuc, L. M. (1957): On the artificial hatching of Trichuris
vulpis embryonated eggs with a note
on abnormal ova and posture of the
embryos.
Philipp. J. Sc. 86, 275-280.
- Zeder, J.G.H. (1803): Anleitung zur Naturgeschichte der
Eingeweidewürmer.
Bamberg.

Herrn Prof. Dr. B o c n danke ich für die Überlassung dieses Themas und für die jederzeit gewährte Unterstützung.

Mein Dank gilt auch den übrigen Angehörigen des Institutes, insbesondere Frau V. Rosenfeld für die Anfertigung der Photographien sowie Herrn Dr. Hörchner für seine wertvollen Ratschläge.

Lebenslauf

Am 23. Mai 1939 wurde ich als Sohn des Arztes Dr. med. Werner Opitz und seiner Ehefrau Elfriede, geb. Augst, in Neukirch (Lausitz) geboren.

Vom September 1945 bis zum Juli 1953 besuchte ich die Grundschule in Neukirch (Lausitz) und anschließend die Oberschule in Bischofswerda.

Am 5. Juni 1957 legte ich hier die Reifeprüfung ab.

Vom Oktober 1957 bis zum März 1958 nahm ich an einem Ergänzungslerngang zum Reifezeugnis in Hamburg teil.

Am 27. Mai 1958 wurde ich an der Veterinärmedizinischen Fakultät der Freien Universität Berlin immatrikuliert. Nach vier vorklinischen Semestern bestand ich hier die tierärztliche Vorprüfung.

Das sechste und siebente Semester studierte ich an der Tierärztlichen Hochschule Wien. Das Studium wurde am 5. April 1963 mit der tierärztlichen Prüfung in Berlin abgeschlossen.

